



Anestesia volátil e Monitorização anestésica



Margarida Costa e Nuno Alexandre

Universidade de Évora

2011

Texto de apoio as aulas práticas de Anestesiologia do curso de
Medicina Veterinária da Universidade de Évora.

Índice

1. Fundamentos de anestesia volátil	3
2. Anestésicos voláteis.....	5
2.1. Halotano	8
2.2. Isoflurano.....	8
2.3. Sevoflurano.....	9
2.4. Protóxido de azoto	9
3. Equipamento para anestesia volátil	10
3.1. Aparelhos de anestesia volátil.....	10
3.2. Circuitos anestésicos.....	12
3.3. Entubação endotraqueal	23
4. Fundamentos de monitorização anestésica.....	28
4.1. Introdução.....	28
4.2. Monitorização básica.....	29
4.3. Estádios e planos anestésicos	30
5. Monitorização instrumental ou mecânica.....	33
5.1. Monitorização da função respiratória.	33
5.2. Monitorização da função cardio-vascular.....	40
5.3. Monitorização da temperatura	48
6. Bibliografia.....	49
7. Anexos.....	50

1. Fundamentos de anestesia volátil

A anestesia volátil consiste na administração por via respiratória de uma mistura de gases ricos em oxigénio que veiculam vapores de agentes anestésicos voláteis. Em Medicina Veterinária, a mistura de gases mais utilizada consiste em oxigénio e isoflurano. O recurso à anestesia volátil requer a utilização de material específico (aparelho de anestesia volátil), o controlo da via aérea (entubação endotraqueal) e uma monitorização anestésica contínua. A indução com anestésicos voláteis pode ser realizada, no entanto os anestésicos voláteis são essencialmente agentes de manutenção que sucedem à indução intravenosa.

A máquina de anestesia volátil é alimentada por oxigénio que contribui para aumentar a fracção de oxigénio inspirado pelo animal (FIO_2). O enriquecimento da FIO_2 na mistura de gases inspirados acima dos 30% limita os efeitos depressores dos anestésicos voláteis.

O oxigénio é utilizado isoladamente ou em associação com outro gás como o protóxido de azoto. Devido ao custo do protóxido de azoto, ao fraco poder analgésico e as dificuldades de armazenamento a sua utilização tem sido abandonada.

Quatro anestésicos voláteis podem actualmente ser utilizados em medicina veterinária: o halotano, o isoflurano, o sevoflurano e o desflurano. Estes produtos são líquidos e podem ser volatilizados a uma percentagem precisa de vapor (tendo como veículo o oxigénio) com a ajuda de um vaporizador calibrado para um agente volátil específico. A percentagem de anestésico volátil administrado é indicada através do mostrador do vaporizador. A potência anestésica do agente volátil é medida pela concentração alveolar mínima (CAM), concentração alveolar para à qual 50% dos animais não reagem a estímulo doloroso.

O principal travão á difusão dos agentes anestésicos para o SNC (local de accção dos anestésicos voláteis) é a sua solubilidade no sangue. A solubilidade no sangue é determinada através dos coeficientes de partição sangue/gás e sangue/SNC. O recurso a agentes menos solúveis como o isoflurano, o sevoflurano e o desflurano permitem obter

uma cinética de aparecimento do efeito anestésico mais rápida do que o halotano que apresenta coeficientes sangue/gás e sangue/SNC mais elevados.

Uma complicação frequente consecutiva à administração de anestésicos voláteis é a paragem respiratória. Esta paragem surge em consequência de uma sobredosagem temporária. Nesta situação aconselha-se a redução da fracção inspiratória do anestésico (FIanest) e manter a oxigenação do paciente através de ventilação artificial (2 a 3 ventilações por minuto). Durante a fase inicial da manutenção com agentes voláteis, deve usar-se uma FIanest adaptada (inicialmente usa-se uma concentração baixa de anestésico que será aumentada ao longo de um período de 10 a 20 minutos). Para além do efeito depressor respiratório do anestésico volátil, a apneia pode igualmente estar associada à hiperventilação mecânica ou manual. A hiperventilação, baixa o CO₂ sanguíneo e alveolar para níveis que não estimulam a ventilação pelos centros respiratórios. Por esta razão em situações de apneia, aconselha-se apenas 2 a 3 ventilações por minuto que são suficientes para oxigenar o paciente e manter níveis sanguíneos de CO₂ suficientes para estimular o centro respiratório.

Após 15 minutos de anestesia volátil, a anestesia estabiliza e os anestésicos utilizados atingem o equilíbrio entre o sangue e o sistema nervoso central (SNC). A partir desta fase, deve-se modificar a FIanest de acordo com a profundidade anestésica a atingir no procedimento cirúrgico. A FIanest recomendada para a fase de manutenção será de 2 a 2,5% no caso de se utilizar isoflurano. A concentração poderá ser reduzida para valores inferiores em situações em que se utiliza alfa-2 agonistas e/ou opioides na pré-medicação anestésica por via paraentérica ou em casos de hipotermia que levam uma diminuição do metabolismo dos anestésicos.

Quando se para a administração de anestésicos voláteis, a FIanest desce drasticamente, o paciente começa a expirar o anestésico volátil e dá-se a recuperação anestésica. Nos circuitos anestésicos abertos ou não re-inalatórios devido ao alto fluxo de O₂ como não existe re-inalação de gases anestésicos, a recuperação dá-se de forma mais célere do que em circuitos fechados.

Na fase da recuperação, convém recordar que no animal a função cárdio-respiratória encontra-se deprimida e o consumo de O₂ aumenta em paralelo com o

aumento do metabolismo que se verifica neste período. Recomenda-se portanto o aumento do fluxo de O₂ (no caso dos circuitos fechados para 2 l/min) nos 5 a 10 minutos que se seguem à paragem da administração do anestésico volátil para além de vários “flushings” para expulsão do anestésico volátil que permanece no circuito anestésico. Para uma recuperação rápida é aconselhável parar-se a administração de agentes voláteis antes do fim do procedimento cirúrgico no período em que se realizam as últimas suturas.

2. Anestésicos voláteis

Os anestésicos voláteis utilizam-se fundamentalmente para a manutenção da anestesia e esporadicamente para a indução da mesma. Quatro anestésicos voláteis podem actualmente ser utilizados em medicina veterinária: o halotano, o isoflurano, o sevoflurano e o desflurano. Estes agentes anestésicos são administrados ao paciente através de um gás veículo, o oxigénio puro ou o oxigénio em associação com o protóxido de azoto. O comportamento dos anestésicos voláteis pode-se prever e comparar conhecendo duas características importantes: o coeficiente de solubilidade do gás no sangue e a concentração alveolar mínima.

O coeficiente de solubilidade do gás no sangue, descreve a capacidade para dissolver o agente no sangue. Os fármacos com baixa solubilidade têm um coeficiente baixo, o que ocasiona induções e recuperações rápidas. As oscilações da profundidade anestésica pela modificação do débito do fluxómetro e/ou concentração anestésica no vaporizador são bastante rápidas. Os valores deste parâmetro para os diversos anestésicos voláteis, estão representados no quadro.

Anestésico volátil	Coeficiente de solubilidade no sangue
Isoflurano	1,39
Halotano	2,4
Desflurano	0,42
Sevoflurano	0,60
Protóxido de azoto	0,49

Quadro 1 - Coeficiente de solubilidade dos anestésicos voláteis mais utilizados.

A concentração alveolar mínima (CAM), é a concentração alveolar expressa em percentagem que anula reacções frente a estímulos dolorosos específicos, como pode ser uma incisão na pele. É uma medida da potência do anestésico. Os agentes que têm um CAM baixo, são portanto mais potentes do que aqueles que tem um CAM elevado (quadro).

Existem muitos factores que influenciam a CAM. Destes o mais importante é a administração conjunta de outros fármacos como por exemplo os analgésicos que se administram na pré-medicação anestésica.

Anestésico volátil	Concentração alveolar mínima (CAM)
Isoflurano	1,63
Halotano	0,8
Desflurano	7,2 - 10,32
Sevoflurano	2,36 - 2,09
Protóxido de azoto	188 - 220

Quadro 2 - Concentração alveolar mínima dos anestésicos voláteis mais utilizados.

Os anestésicos voláteis produzem anestesia quando ultrapassam uma determinada concentração no sistema nervoso central (SNC). Esta concentração consegue-se mediante o movimento das moléculas do fármaco, movimento que se produz graças a uma série de gradientes de concentração que se iniciam no aparelho de anestesia e terminam nos receptores do SNC. Quando se alcança o equilíbrio, a concentração de anestésico no SNC é igual à do sangue e a mesma nos alvéolos pulmonares. Portanto, os factores que influenciam sobre a concentração alveolar influenciam igualmente sobre a concentração no SNC.

Os níveis do anestésico volátil dependem da frequência da ventilação alveolar e a concentração anestésico no gás inspirado. Se ambos os parâmetros são elevados, a indução da anestesia é rápida. A absorção do fármaco dos alvéolos, depende do débito cardíaco, do coeficiente de solubilidade no sangue e a concentração do anestésico no sangue venoso pulmonar. As concentrações alveolares aumentam rapidamente (e

portanto a indução é rápida) quando o débito cardíaco é baixo e quando se utilizam agentes insolúveis (baixo coeficiente de solubilidade gás/sangue).

Efeito Cardio-respiratório	Halotano	Isoflurano	Sevoflurano	Desflurano
Contractilidade do miocárdio	Muito diminuída	Pouco diminuída	Pouco diminuída	Pouco diminuída
Frequência cardíaca	Diminuída	Aumentada	Sem alteração	Aumentada
Débito cardíaco	Diminuído	Pouco diminuído	Pouco diminuído	Pouco diminuído
Potencial arritmogénico	Aumentado	Sem alteração	Sem alteração	Sem alteração
Baroreflexo	Diminuído	Pouco diminuído	Pouco diminuído	Pouco diminuído
Débito sanguíneo renal	Diminuído	Sem alteração	Sem alteração	Sem alteração
Débito sanguíneo hepático	Diminuído	Sem alteração	Sem alteração	Sem alteração
Frequência respiratória	Aumentada	Pouco aumentada	Aumentada	Aumentada
Volume Tidal	Diminuído	Diminuído	Diminuído	Diminuído
Resposta à hipercapnia	Diminuída	Diminuída	Diminuída	Diminuída
Resposta à hipoxia	Diminuída	Diminuída	Diminuída	Diminuída

Quadro 3 – Efeitos cardio-respiratórios dos anestésicos voláteis.

Comparados com os agentes injectáveis, os inalatórios produzem maior depressão do miocárdio, maior vasodilatação e maior hipotensão. Contudo, estas características serão menos acentuadas se se utilizarem protocolos balanceados, isto é, combinação de várias drogas que vão diminuir as necessidades de outras drogas e de agentes inalatórios, tais como, sedativos/tranquilizantes em combinação com analgésicos opióides pré e intra-operatórios e agentes inalatórios em combinação com óxido nitroso (N₂O).

2.1 Halotano

O halotano possui como vantagens uma indução rápida bem como uma recuperação rápida o que torna fácil o controle da profundidade da anestesia. Tem também a vantagem de ser um agente barato.

O halotano produz depressão dose-dependente do SNC, do débito cardíaco, da contractilidade do miocárdio, da pressão arterial e do fluxo coronário. Produz uma diminuição do fluxo renal, mas pode ser empregue seguramente em animais com problemas renais.

A administração de halotano pode induzir arritmias cardíacas (VPC's) espontâneas por uma diminuição da dose necessária de epinefrina para produzir arritmias.

O halotano deve ser utilizado com precauções em animais hipovolémicos pois diminui o débito cardíaco e a pressão arterial. Deve-se evitar a sua utilização em animais com hiperexcitabilidade ventricular, tais como: animais recém traumatizados; animais com arritmias ou com torção de estômago. Há que ser utilizado com precaução em animais com disfunção hepática visto 50% do halotano ser metabolizado no fígado. É um tipo de agente que em algumas raças pode induzir hipertermia maligna (Sighthounds, S. Bernardo, Border Collies).

2.2 Isoflurano

O isoflurano é menos arritmogénico (não sensibiliza o miocárdio para as catecolaminas) e é minimamente metabolizado (anestésico volátil de eleição para animais com patologia hepática) não afectando o rim ou fígado, sendo por isso o agente anestésico mais seguro e efectivo disponível em veterinária.

Tem um início de acção e recuperação anestésicas rápidas (mesmo depois de anestésias prologadas), devido à sua baixa solubilidade sanguínea, comparado com outros agentes anestésicos voláteis. Para a indução são necessárias concentrações entre 2,5 e 4,5%. Posteriormente para a manutenção da anestesia serão necessárias concentrações entre 1,5 e 2,5%

Embora o isoflurano produza maior depressão respiratória, esta é dose-dependente, tornando-se importante a utilização da dose mínima do agente necessária para o procedimento (depende muito do tipo de animal). A hipotensão causada pelo isoflurano é igualmente, dependente da dose administrada.

2.3 Sevoflurano

Comparado com o isoflurano, apresenta induções e recuperações mais rápidas, por apresentar menor coeficiente de solubilidade no sangue. Apresenta adicionalmente uma maior taxa de metabolização (5 a 10%) se comparado com o isoflurano (0,2%). Este agente seria ideal para anestésias prolongadas, tem no entanto algumas desvantagens como o preço elevado (quando comparado com o isoflurano) e a potencial toxicidade renal dependente da dose e do tempo de anestesia. Por estas razões a sua utilização por longos períodos deve ser evitada.

O sevoflurano é metabolizado no fígado fluoreto, sendo a sua taxa de metabolização dependente da relação tempo/dose. Adicionalmente, são formados produtos do metabolismo com potencial toxicidade renal quando o sevoflurano é exposto á circulação sanguínea (compuesto A, etc.).

Os efeitos depressores cardio-respiratórios são similares aos induzidos pelo isoflurano.

2.4 Protóxido de azoto

Por fim, a administração de protóxido de azoto tem por finalidade reduzir a concentração alveolar dos outros potentes anestésicos inalatórios (em 20 a 30%) bem como aproveitar o efeito de segundo gás (outro gás administrado simultaneamente desenvolve mais rapidamente uma pressão parcial anestésica no sangue devido ao início de acção extremamente rápido do N₂O). O N₂O também encurta o tempo de recuperação devido à sua rápida difusão para os alvéolos. Uma outra grande vantagem da sua utilização reside na boa analgesia que normalmente está associada à sua utilização.

O N_2O está contra-indicado em animais com pneumotórax, dilatação/torção gástrica ou obstruções intestinais, visto este agente se difundir rapidamente para bolsas de gás, aumentando de forma rápida e drástica o seu tamanho.

O N_2O deve ser utilizado para manutenção de anestésias numa combinação de 50 a 66% de N_2O e 50 a 33% de O_2 .

Durante a recuperação anestésica, o animal deve respirar uma concentração de 100% de O_2 por um período de 5 a 10 minutos após desligar o fluxo de N_2O de forma a evitar a chamada hipóxia de difusão que ocorre devido à rápida difusão do protóxido de azoto para o pulmão reduzindo localmente a concentração de O_2 a níveis perigosos se o animal estiver a respirar ar ambiente.

3. Equipamento para anestesia volátil

3.1 *Aparelhos de anestesia volátil*

A máquina de anestesia geral é composta de duas unidades: a alimentação de gases frescos que transportam o oxigénio e os vapores anestésicos (como o isoflurano) e o circuito anestésico propriamente dito.

O oxigénio é armazenado a alta pressão em botijas de vários volumes, este gás é conduzido ao circuito anestésico após passagem num redutor de pressão (que reduz para uma pressão de utilização a 5 bars) num debitómetro (ou fluxómetro) que conduz o oxigénio para o circuito à pressão anestésica.

As botijas de oxigénio (codificadas por uma cor branca) apresentam uma pressão de 200 bars quando se encontram plenamente cheias e são substituídas quando a pressão desce para 10 ou 20 bars. Algumas clínicas e hospitais estão equipados com grandes reservas de O_2 que é depois conduzido à sala de anestesia através de uma rede de canalizações. Existem também no mercado aparelhos concentradores de oxigénio que permitem extrair por filtração do ar ambiente concentrações elevadas de oxigénio a um custo baixo. A capacidade de extracção depende de cada aparelho mas a manutenção de um débito superior a 3 L/min é difícil. A ausência de um *by-pass* ou de um curto-

circuito de oxigénio (que permitem altos débitos de oxigénio em poucos segundos) e a alimentação eléctrica destes aparelhos invalida o seu uso em anestesia geral.

O débito de O₂ chega ao circuito anestésico com uma grande precisão (débitos variam entre 0,25 L e 10 L/min), o gás veículo (oxigénio) entretanto mistura-se com o anestésico volátil após passar no vaporizador. Na maioria dos aparelhos de anestesia volátil existe um curto-circuito ou *by-pass* específico, que faz passar O₂ a 100 % directamente da botija de oxigénio ao circuito anestésico, a uma pressão de 2 a 4 bars sem passar pelo vaporizador. Este mecanismo permite um grande afluxo de oxigénio ao circuito limpando-o de restos de anestésico volátil e é activado por um botão na pausa expiratória devendo-se esvaziar o balão para evitar sobrepressão.

A mistura de gás veículo e anestésico volátil obtêm-se após passagem no vaporizador. O isoflurano tal como o halotano são líquidos nas condições normais de pressão e temperatura. As concentrações utilizadas na prática clínica variam entre 0,5% e 3%. Uma pequena quantidade de gás veículo atravessa o reservatório do gás anestésico no vaporizador saturando-o a 30% (à temperatura de 20°C) que posteriormente se diluirá no fluxo principal do gás veículo para atingir uma concentração final de 0% a 5%. Na parte superior do vaporizador existe uma patilha para o controlo preciso da % de anestésico. Para assegurar a sua exactidão o vaporizador deve ser calibrado uma vez cada 5 anos. Pelo menos uma vez por ano, a exactidão da concentração anestésica na saída do circuito anestésico deve ser verificada através de um medidor de gases halogenados a diferentes concentrações anestésicas e a diferentes débitos de oxigénio. O vaporizador deve ser sempre mantido na vertical. Um factor de erro fundamental para o funcionamento do vaporizador é a sua temperatura. A maior parte dos vaporizadores apresentam um mecanismo interno que compensa para temperaturas entre 10°C e 35°C. Os anestésicos voláteis devem ser armazenados a temperaturas que variam entre os 15°C e os 20°C. O vaporizador é igualmente calibrado para funcionar a débitos clínicos do gás veículo. Débitos de oxigénio inferiores a 0,5 l/min e superiores a 8 l/min não permitem assegurar as concentrações desejadas de anestésicos e não devem ser utilizadas sem um analisador de gases halogenados inspirados e expirados. Devido às diferentes propriedades físico-químicas dos anestésicos voláteis, cada vaporizador é destinado a apenas um anestésico volátil

específico e não pode funcionar com exactidão quando se utiliza outro anestésico volátil distinto.



Figura 1- imagem de de vaporizador de isoflurano.

Os vaporizadores de sevoflurano funcionam pelo mesmo princípio, no entanto podem-se obter concentrações de 7 a 8%. O desflurano possui um ponto de ebulição de 23°C o que o torna instável à temperatura ambiente. O vaporizador deste anestésico dispõe de um mecanismo eléctrico que regula a temperatura interna para os 40°C após uma fase de pré-aquecimento e é capaz de produzir concentrações de 1 a 10%.

O abastecimento do vaporizador efectua-se colocando a patilha no *off* e o fluxo de oxigénio a zero. O líquido é vertido para o vaporizador através de um tubo com adaptador específico para o vaporizador. Para segurança pessoal, quando se efectua o reabastecimento do vaporizador é aconselhável afastar chamas ou outras fontes de calor devido à natureza inflamável dos anestésicos voláteis.

3.2 Circuitos anestésicos

Os circuitos ou os sistemas de anestesia volátil são de dois tipos: **circuitos não re-inalatórios**, sem reciclagem de ar expirado e de alto fluxo de oxigénio; e os **circuitos circulares ou filtro** com reciclagem de ar expirado.

O circuito anestésico tem como objectivo administrar ao animal uma reserva de gás inspirado onde o anestesista controla a sua composição através do fluxómetro de oxigénio e do vaporizador do anestésico volátil. Esta mistura de gases é fornecida ao

animal através de um tubo endotraqueal ou máscara aplicada hermeticamente à face do animal. Um sistema anestésico deve igualmente livrar o animal do gás expiratório rico em CO₂ a fim de evitar a reinalação no ciclo respiratório seguinte. Os diâmetros da tubagem dos circuitos anestésicos deve ser adaptado ao peso do animal: 15 mm de diâmetro para pacientes com peso inferior a 6-8Kg e 22 mm para animais com peso superior a 8-10Kg.

Existem dois mecanismos, que dependem ou não do débito de oxigénio para eliminar o CO₂. Nos sistemas **débito-dependentes**, o fluxo de oxigénio é de tal forma elevado que arrasta na totalidade o CO₂ durante a pausa expiratória. Os gases expiratórios são depois evacuados por uma abertura no mecanismo extracção.

Nos sistemas **débito-independentes**, os gases expirados são direccionados para uma parte do circuito anestésico (sistema de extracção ou canister com carvão activado) graças a uma válvula unidireccional. Estes circuitos anestésicos permitem trabalhar com débitos de oxigénio mais baixos mas apresentam uma resistência respiratória mais elevada devido à presença de válvulas, o que pode causar fadiga respiratória quando utilizados em pacientes de pequena dimensão (peso inferior a 10 Kg). O tubo que conduz os gases expiratórios está separado do tubo inspiratório formando um circuito circular. Nestes circuitos, os gases expiratórios são reciclados o que permite uma economia de oxigénio. O CO₂ pode ser totalmente depurado dos gases expiratórios através de um canister de cal sodada antes de atingir o balão. Este dispositivo tem o inconveniente de acrescentar maior resistência respiratória a este sistema.

Os gases excedentários deverão ser colectados para o exterior por um sistema de evacuação. A extracção poder ser activa graças a uma ligeira pressão negativa de sucção ou passiva. Existem também no mercado canisters de carvão activado (Fig.) que retiram dos gases eliminados os anestésicos halogenados. Estes canisters podem ser conectados à saída do aparelho de anestesia e devem ser substituídos cada 12 horas.

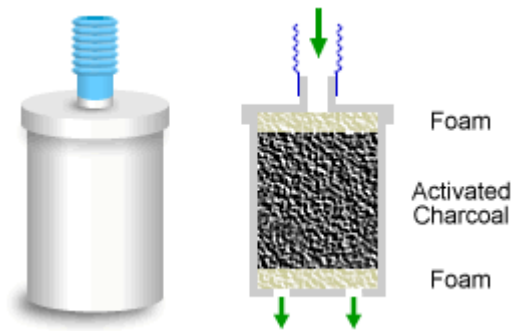


Figura 2 - canister de carvão ativado.

Os sistemas não-reinalatórios, sem reciclagem do ar expirado são destinados a cães e gatos de pequena dimensão (peso inferior a 10 Kg). Nestes circuitos o débito de oxigénio deve ser mantido a 1,5-4 vezes o volume minuto tidal (dependendo do sistema utilizado) para permitir uma eliminação eficaz do CO₂ ou seja 150 a 400 ml/Kg/min. O interesse destes sistemas está sobretudo na sua simplicidade, na sua leveza e na sua fraca resistência respiratória sobretudo vantajosa em pacientes de pequena dimensão. Existem diversos modelos, os mais importantes são classificados em modelos Mapleson de A a F. Os três tipos mais utilizados são o Mapleson E ou circuito T de Ayres, o Mapleson D ou circuito de Bain e o Mapleson A ou circuito de Magill.

O circuito T de Ayres, pode-se apresentar em 4 configurações, dependendo do volume do tubo expiratório. Na configuração mais simples, o tubo expiratório excede o volume tidal do paciente e não existe balão ou válvulas expiratórias. A configuração mais utilizada designa-se T de Ayres com modificação de Jackson Rees e apresenta na extremidade do tubo expiratório um balão aberto ou com válvula expiratória. Esta configuração permite ventilação por pressão positiva intermitente e os movimentos do balão durante o ciclo respiratório permitem que funcione como monitor respiratório. Este circuito anestésico devido ao reduzido espaço morto e baixa resistência é ideal para gatos, cães pequenos (menos de 5 Kg), neonatos e aves. Embora se possa utilizar em animais pesados, devido ao maior débito de oxigénio torna-se demasiado dispendioso a sua utilização em animais com mais de 10 Kg. No entanto em pacientes geriátricos, pela presença de astenia muscular a sua tolerância à resistência respiratória dos circuitos anestésicos circulares é menor, daí que nesta situação possa ser utilizado em pacientes com peso superior a 10 Kg. A extracção de gases expiratórios é possível pela ligação a

sistemas de extracção de gases. Os fluxos de oxigénio deverão ser superiores ao produto de 2,5 a 3 por volume minuto para prevenir reinalação de gases expiratórios.

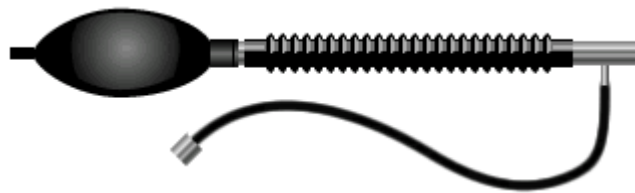


Figura 3 - Circuito T-Ayres com modificação de Jackson-rees

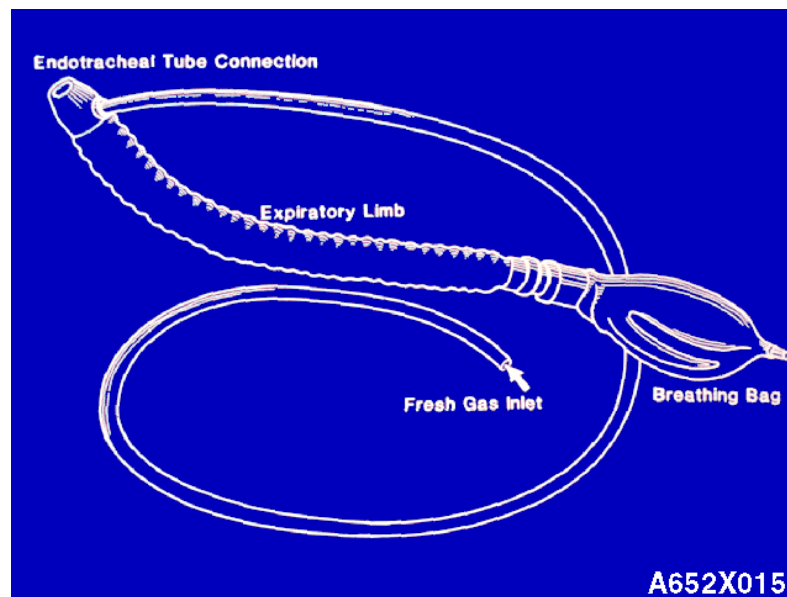


Figura 4 - Circuito T-Ayres com modificação de Jackson-rees (pormenores dos diversos componentes).

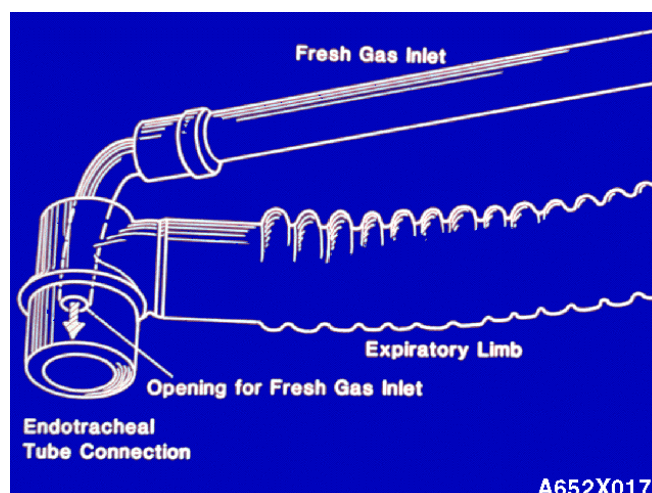


Figura 5 - Circuito T-Ayres, conexões dos diversos componentes.

O circuito de Bain é semelhante a um circuito T de Ayres apresentando no entanto uma geometria coaxial ou seja apresenta um tubo inspiratório no interior de um

tubo expiratório. No circuito de Bain o tubo expiratório termina num balão reservatório com uma válvula expiratória. O fluxo a utilizar neste circuito é de 1,5 pelo volume minuto, o que equivale a um fluxo de 150-200 ml/Kg/min. A geometria coaxial deste circuito permite o aquecimento dos gases inspirados pelos expiratórios, contribuindo para a conservação da temperatura do paciente. Devido à baixa resistência respiratória e reduzido espaço morto são indicados para gatos e cães com um peso entre 5 e 15 Kg.

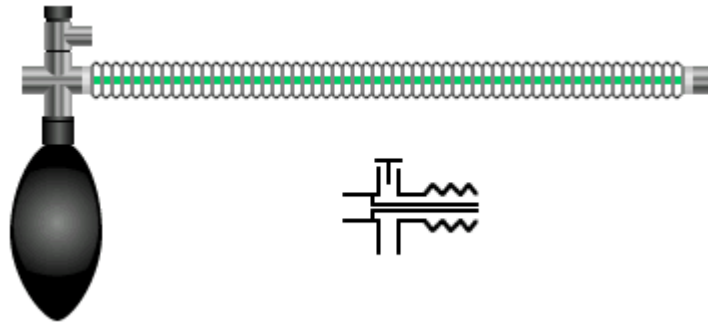


Figura 6- Circuito de Bain.

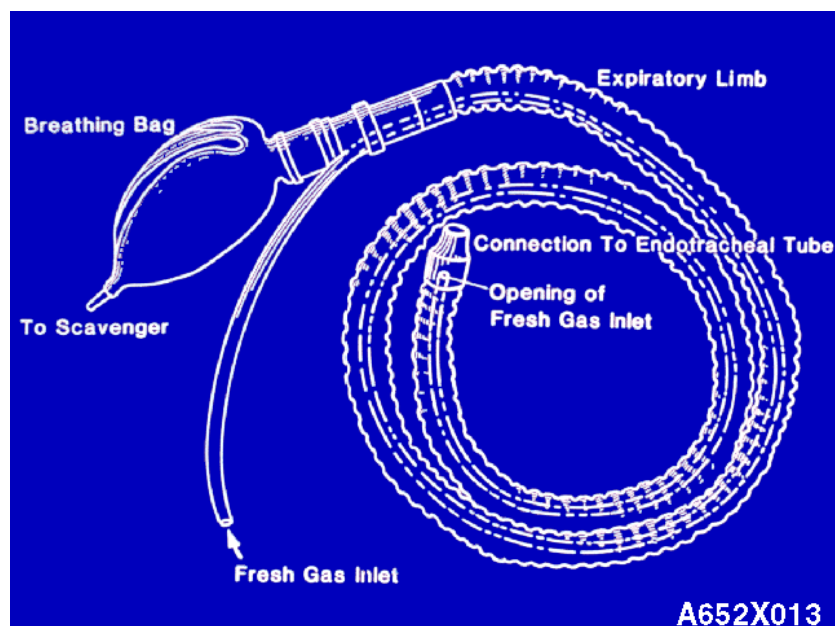


Figura 7 - Circuito de Bain (diversos componentes).

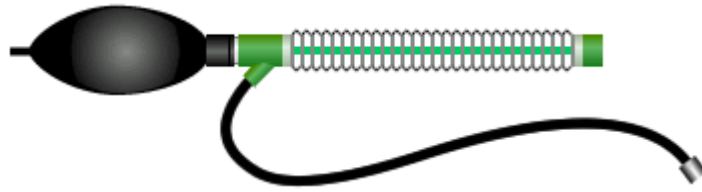


Figura 8 - Circuito de Bain modificado.

O sistema de Magill consiste num balão reservatório (volume 3 a 6 vezes o volume tidal) e um tubo corrugado que acaba numa válvula expiratória que está próxima da saída do tubo endotraqueal. Na válvula expiratória deverá estar ligado um sistema de extracção de gases para evitar a poluição do ambiente. Neste sistema o tubo corrugado deverá exceder o volume tidal do paciente para evitar reinalação de gases expiratórios. O fluxo de oxigénio a utilizar neste sistema deverá ser igual ou exceder o volume minuto (300 ml/kg/min).

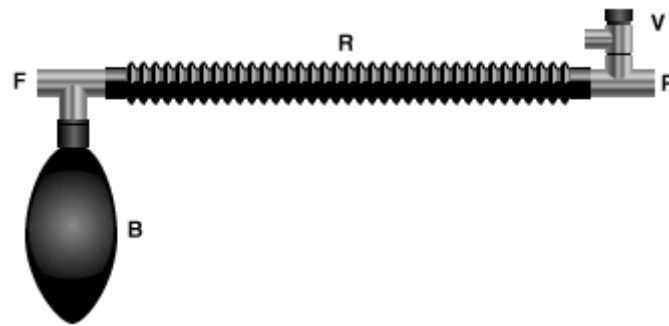


Figura 9 - Circuito de Magill.

Existe uma versão coaxial (tubo dentro de tubo) do circuito de Magill, o sistema de Lack que ultrapassa as desvantagens deste último. As principais vantagens do sistema de Lack (também disponível numa versão paralela) são o seu baixo peso e a posição do balão/válvula expiratória afastados do paciente o que facilita o seu manuseamento e extracção de gases.

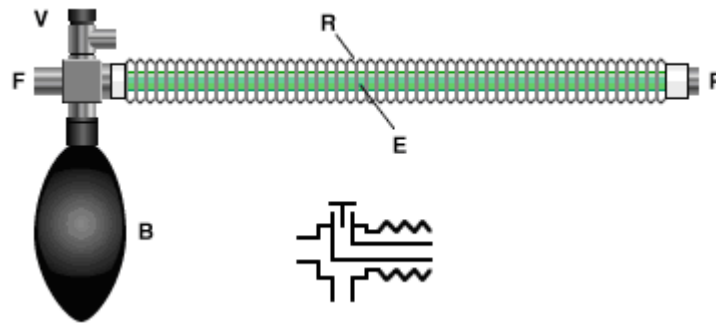


Figura 10 - Circuito de Lack.

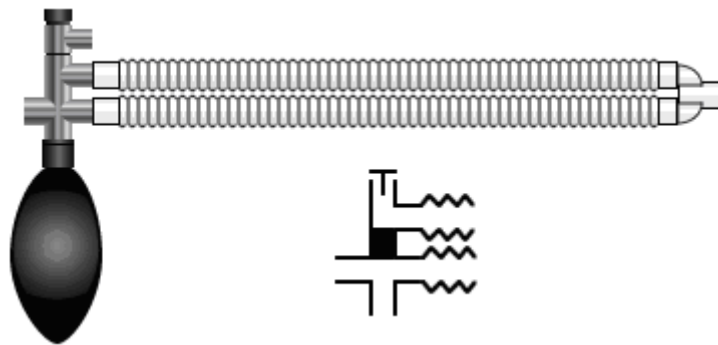


Figura 11 - Circuito de Lack paralelo.

Os circuitos anestésicos circulares ou fechados também designados por circuitos filtro mantêm o sentido do fluxo dos gases expirados e inspirados através de duas válvulas unidireccionais. Estes circuitos são constituídos por sete componentes através dos quais o fluxo de gases é mantido unidireccional pelo referido sistema de válvulas: (1) entrada de oxigénio, (2,3) válvulas unidireccionais de inspiração e expiração, (4) válvula de evacuação/extracção de gases, (5) o conector em forma de Y, (6) o balão reservatório e o (7) caníster.

- 1- A entrada de oxigénio, é o tubo que se liga do reservatório de oxigénio ao aparelho de anestesia propriamente dito.
- 2- Válvulas unidireccionais, trata-se de discos de plásticos transparentes que se encontram situados no interior de outras estruturas igualmente transparentes.

- 3- Conector em forma de Y, é a peça do circuito que liga a parte inspiratória e a parte expiratória com o tubo endotraqueal ou máscara. Em sistemas circulares pediátricos existe um tabique divisório que separa o fluxo inspiratório e expiratório e reduzir deste modo o espaço morto
- 4- Válvula de evacuação ou extracção, abre-se para permitir a saída do excesso de gás quando o sistema como semi-fechado, assim como na fase de desnitrogenação e encerra-se quando se quer fazer ventilação intermitente por pressão positiva. A esta válvula deve-se ligar um tubo de extracção de gases que sai da sala de cirurgia ou se conecta a um filtro de carvão activado para impedir a poluição do ambiente da sala de cirurgia.
- 5- Balão reservatório: permite aplicar pressão positiva de ventilação. O seu volume deve ser igual a 3 a 6 vezes o volume tidal do paciente. Se um balão tem um volume excessivo aumenta-se o volume do circuito e os movimentos respiratórios são menos óbvios e a ventilação artificial torna-se mais difícil. Os balões pequenos colapsam-se durante inspirações profundas e se distendem excessivamente durante a expiração.
- 6- Caníster: trata-se do recipiente que contem no seu interior cal sodada que tem a função de retirar o CO₂ do ar expirado. Estes recipientes devem ser preenchidos com 50% de grânulos e 50% de espaço ar livre. Tendo como objectivo garantir uma boa absorção de CO é necessário um volume mínimo de cal sodada que seja o dobro do volume tidal. Para uma óptima eficiência de absorção, o ratio altura/largura deve ser 1:1 ou superior. São utilizados indicadores de pH no caníster, que tem a capacidade de mudar de cor (a cor lilás ou violeta são as mais utilizadas) quando a cal sodada perde as suas propriedades de absorção de CO₂. Canisters para sistemas circulares podem ter dois compartimentos. Quando o absorvente de um compartimento fica exausto, este é despejado. Após o enchimento, o caníster é colocado numa posição invertida e os gases expirados passam então na cal sodada parcialmente usada saturando-a completamente. Alguns sistemas circulares podem ter um interruptor de *by-pass* que inclui ou exclui o canister do circuito. Este dispositivo pode ser utilizado após

ventilação artificial, quando os níveis de CO₂ são demasiados baixo para permitir a ventilação espontânea. Colocando o canister na posição *off* leva a uma elevação do CO₂ dentro do sistema sem reduzir o fluxo de oxigênio e de anestésico. Em sistemas circulares de pequenos animais, o volume do canister é de 1,5 L e aceita 1,35Kg de cal sodada; nos sistemas de grandes animais os volume é de 5 L e pode aceitar 2 a 5 Kg de cal sodada.

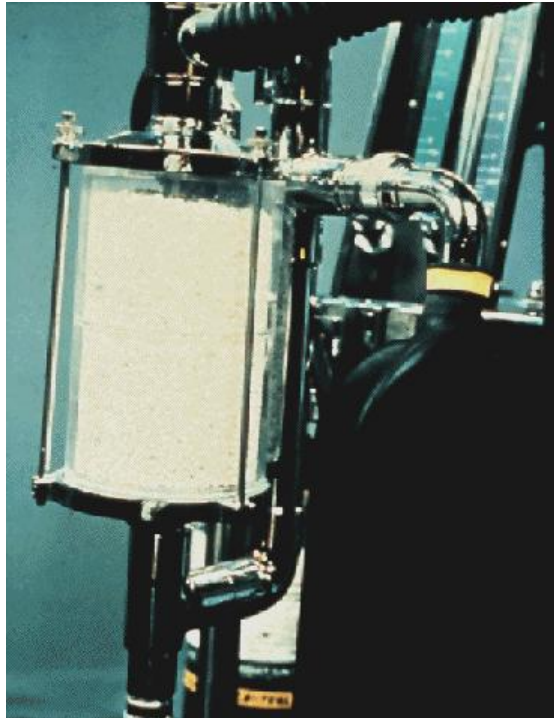


Figura 12 - Imagem de canister com cal sodada.

- 7- Os tubos inspiratórios e expiratório são corrugados para evitar o colapso do seu lúmen, no entanto tem a desvantagem de gerar um fluxo turbulento que aumenta a resistência respiratória. Tubos com 22 mm de diâmetro são adequados para animais de companhia e pequenos ruminantes. Para bovinos e equinos, os tubos de 50 mm tem o diâmetro adequado.

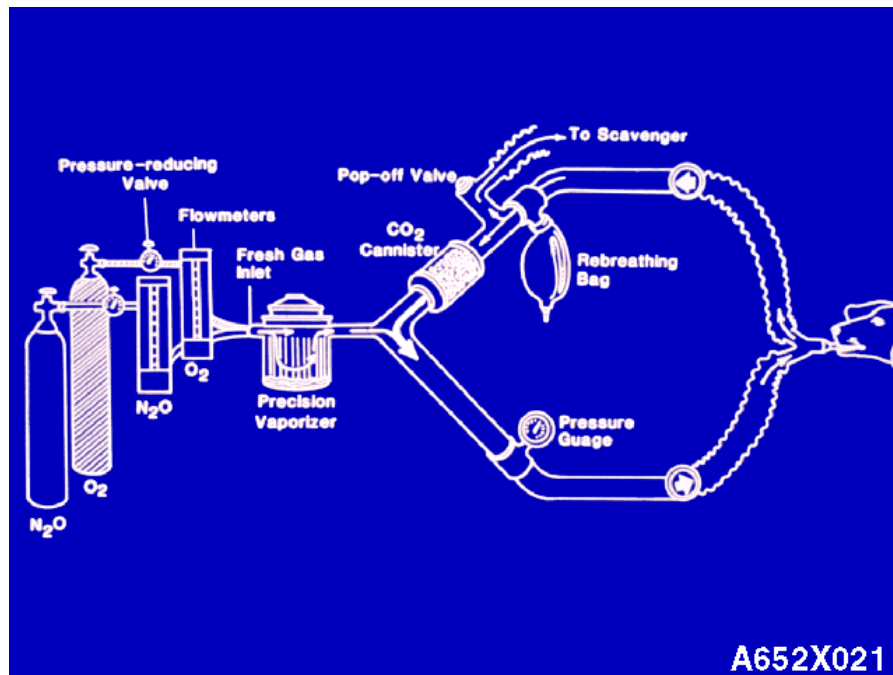


Figura 13 - Circuito circular (diversos componentes).

Os gases expiratórios ao passarem através do canister contendo cal sodada ficam livres de CO_2 antes de atingirem o balão reservatório. A composição dos gases inspiratórios, presentes no balão reservatório é controlada pelos gases expiratórios (desprovidos de CO_2) e os gases introduzidos no circuito.

Estes circuitos podem ser utilizados de duas formas: fechado ou semi-fechado. Na forma fechada o gás que entra no circuito substitui exactamente o oxigénio e o anestésico que o animal vai consumindo. As necessidades em oxigénio oscilam entre os 5 e 10 ml/Kg/min no entanto o débito total de oxigénio não deve ser inferior a 0,5 L/min para que o vaporizador consiga manter a concentração de anestésico volátil. Para que o circuito esteja completamente fechado a válvula de esvaziamento tem que estar em posição fechada. Quando o sistema está na posição de semi-fechado, o excesso de oxigénio introduzido no sistema ou seja a parte que supera as necessidades basais (> 10 ml/Kg/min) sai pela válvula de esvaziamento que está em posição aberta. Esta é a forma mais simples de utilizar o circuito circular e a mais frequentemente utilizada. Os sistemas fechados devido à resistência oferecida pelas válvulas unidireccionais adicionada à resistência do canister assim como o espaço morto gerado pela peça em Y dificultam a função respiratória do paciente e não são aconselhados para animais com um peso inferior a 15 Kg. Existe disponível uma versão coaxial (tubo inspiratório

dentro de tubo expiratório) do circuito fechado que tem a vantagem de administrar gases inspiratórios aquecidos pelos gases expiratórios.

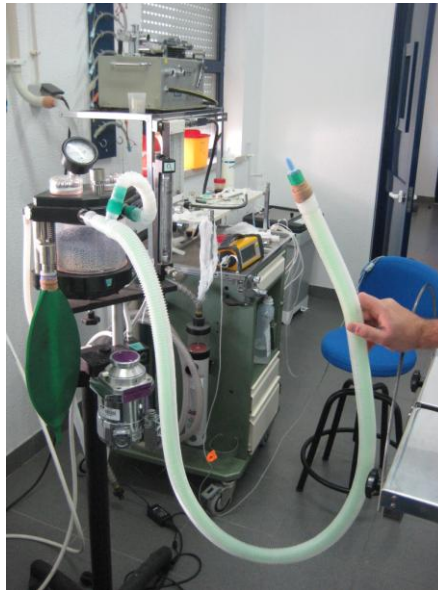


Figura 14 - Circuito circular, versão coaxial.

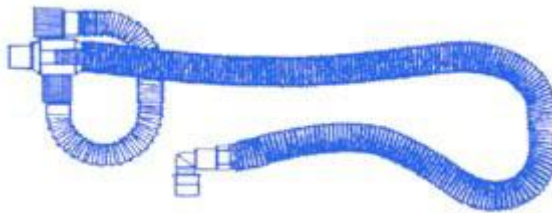


Figura 15 - Circuito circular, versão coaxial.

Durante a utilização de circuitos circulares ou fechados, o animal apresenta no início da anestesia os pulmões repletos de ar atmosférico (rico em azoto). Nesse período inicial da anestesia, o paciente liberta grandes quantidades de azoto que está presente no ar atmosférico mas não nos gases anestésicos. A presença deste gás pode interferir com os níveis de oxigénio que chegam ao animal e provocar hipoxémia. Para contrariar esta situação é aconselhável limpar o circuito anestésico abrindo a válvula de evacuação ou extracção e comprimindo o balão reservatório cada 3 minutos durante os primeiros 15 minutos de anestesia e depois cada 30 minutos. Deve-se igualmente administrar fluxos elevados de oxigénio (150-200 ml/Kg/min) durante os primeiros 15 minutos de anestesia.

Após esta fase de desnitrogenação, os fluxos de oxigénios podem ser reduzidos para valores basais e a válvula de evacuação é fechada ou semi-fechada e os gases

expiratórios são reciclados. No fim da anestesia, o sistema é novamente aberto e o débito de oxigénio é aumentado para diluir e expulsar o anestésico volátil presente no circuito.

Um erro frequente na utilização deste circuito consiste em aumentar o débito de oxigénio para oxigenar o paciente, no entanto o que importa para este processo é a concentração de oxigénio nos gases inspirados. Se a saturação de hemoglobina por oxigénio ultrapassa os 95% nos primeiros minutos de anestesia, a taxa de administração de 10 ml/Kg/min é suficiente para satisfazer as necessidades basais do animal num circuito sem fugas. Se a animal permanece hipóxico isto deve-se provavelmente a patologia respiratória e/ou cardio-vascular e não por insuficiência no débito do oxigénio. A verificação do bom funcionamento de circuito circular e a sua preparação antes da anestesia são essenciais. Uma verificação completa em 14 pontos é aconselhada no início de cada semana.

3.3 *Entubação endotraqueal*

No momento em que o paciente perdeu a consciência como consequência do anestésico intravenoso ou inalado procede-se à realização da entubação endotraqueal. Este procedimento realiza-se apenas quando forem perdidos os reflexos protectores das vias aéreas (reflexo laríngeo).

Os principais tubos utilizados no cão e no gato são os tubos de Murphy e Magill (Fig.16) Os tubos de Murphy caracterizam-se pela presença de um “olho” de Murphy que permite a passagem dos gases anestésicos mesmo que o orifício terminal esteja obstruído e pela presença de um cuff insuflável (excepto em tubos cujo o diâmetro interno seja muito reduzido). São de silicone, mas também existem em PVC. Existem também reforçados por uma espiral de metal no seu corpo que previne o seu colapso aquando da flexão cervical do paciente.

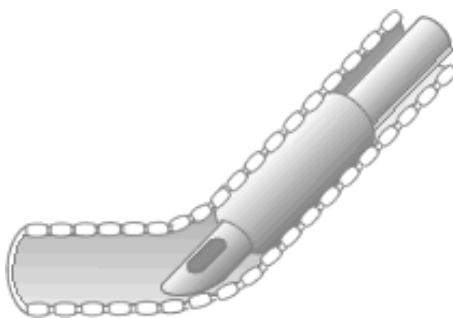


Figura 16 - Tubos endotraqueais de Murphy.

Os tubos de Magill (Fig. 17 e 18), apresentam como principal diferença, a ausência do olho de Murphy na sua extremidade. Estes tubos são em geral de borracha e são mais rígidos e opacos do que os tubos de Murphy. São mais susceptíveis ao colapso e à formação de fissuras do que os anteriores. A sua limpeza e desinfecção são mais difíceis do que nos tubos de Murphy.



Figura 17 - Tubos endotraqueais de Magill sem *cuff*.



Figura 18 - Tubos endotraqueais de Magill com *cuff*.

Aconselha-se a utilização de tubos com *cuffs* de alto volume e baixa pressão, por apresentarem uma grande superfície de contacto com a traqueia exercendo uma pressão suave sobre a sua mucosa, diminuindo o risco de traqueíte isquémica.

A selecção dos tubos é feita pelo seu comprimento e diâmetro interno. O comprimento ideal do tubo deve ser igual ao comprimento que vai desde os incisivos até ao nível do acrómio ou espinha da escápula. O diâmetro geralmente utilizado para a selecção dos tubos é o diâmetro interno (DI), que deve ser o maior possível sem provocar lesões laríngeas (aquando da introdução) ou traqueais (por compressão uma isquémia ou necrose traqueal). A escolha do DI do tubo endotraqueal está dependente da espécie, raça e peso do animal (Tabela 1). Para a espécie canina, os DI utilizados variam entre 4 a 16 mm enquanto na espécie felina a variação é menor e os tubos utilizados tem um DI que varia entre 3 a 5 mm em média. Em raças braquicefálicas, os diâmetros do tubo endotraqueal utilizado serão menores do que para um animal do mesmo peso.

Espécie	Peso (Kg)	DI (mm)
Gatos	1	2
	2	2,5
	3	3
	4	3,5
	5	4
	6	4
Cães	2	3
	4	4
	7	5
	9	5,5-6
	12	6
	14	6,5
	18	7

20	7,5
22	8-8,5
25	10
30	11
35	11
40	12
50	14
60	14
70	16

Tabela 1 – Relação do peso e diâmetro do tubo endotraqueal.

A escolha dos tubos endotraqueais pelo peso (como se observa na tabela 1) é apenas orientativa e deve ser adaptada à conformação e diâmetro traqueal de cada animal. Na prática sugere-se a escolha de dois tubos endotraqueais de tamanhos diferentes.



Figura 18 – Entubação endotraqueal em decúbito esternal.

A entubação endotraqueal (Fig. 18), deverá ser efectuada com a mandíbula relaxada, adicionalmente os reflexos laríngeos deverão ser abolidos antes de se iniciar este procedimento. Em relação ao posicionamento do paciente, não existe uma regra absoluta, podendo-se efectuar em decúbito lateral, dorsal ou esternal (mais frequente). A epiglote por vezes encontra-se coberta pelo palato mole devendo-se nesta situação baixar a base da epiglote com a lâmina do laringoscópio ou a ponta do tubo. Após a observação das cartilagens aritenoides e cordas vocais (Fig. 19), introduz-se o tubo na glote. Este é fixo à mandíbula (imediatamente caudal aos caninos) ou à maxila após verificação visual da correcta entubação traqueal e insuflação do cuff.



Figura 19 – Imagem da orofaringe e laringe de cão.

O tubo deverá ficar ao nível dos incisivos. Se uma grande porção do tubo para além deste nível, aumenta-se o espaço morto mecânico e diminui-se a eficácia da ventilação. A introdução profunda do tubo, poderá resultar em entubação brônquica (sobretudo em tubos de menor DI).

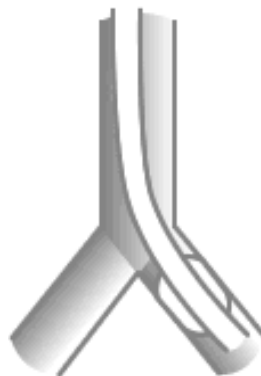


Figura 20 – Entubação brônquica.

No gato, a entubação endotraqueal é mais difícil devido a presença de laringoespasmos (contração espasmódica dos músculos responsáveis pelo encerramento da glote e adução das aritenoides) mesmo em planos de anestesia cirúrgica. Para prevenir este problema, está indicada a utilização de 0,1 ml de lidocaína a 2% sobre as aritenoides e epiglote. Nestes pacientes a entubação poderá igualmente ser facilitada pela utilização de um estilete ou guia. Se a glote estiver encerrada, a entubação não deverá ser forçada. A compressão delicada da parede torácica forçará a passagem do ar pela glote e a sua abertura. A fixação do tubo será feita na mandíbula ou atrás das orelhas.

Existem complicações decorrentes da intubação endotraqueal. A oclusão do tubo por excessiva pressão interna do *cuff* ou por flexão cervical (por exemplo aquando da colheita líquido céfalo-raquidiano) exagerada são as mais frequentes. A intubação brônquica (Fig. 20) pode acontecer quando se introduz o tubo profundamente na traqueia, conduzindo a uma ventilação pulmonar unilateral e por consequência a hipoxémia.

A rotura da traqueia, surge como consequência de uma intubação traumática sendo mais frequente no gato. A necrose e ulceração da traqueia são outras das complicações traumáticas deste procedimento e ocorrem quando a pressão do *cuff* ultrapassa a pressão de perfusão dos tecidos conduzindo a isquémia da parede da traqueia. Esta complicação é actualmente mais rara devido a utilização de *cuffs* de baixa pressão

4. Fundamentos de monitorização anestésica

4.1. Introdução

O objectivo da anestesia é providenciar hipnose, amnésia, analgesia e relaxamento muscular reversíveis com um risco mínimo para o paciente. A monitorização anestésica pode-se definir como a aplicação de técnicas físicas ou instrumentais com o objectivo de vigiar a evolução das constantes vitais de um paciente durante a anestesia e recuperação anestésica tendo como metas:

1. Reconhecer precocemente complicações e acidentes anestésicos
2. Avaliar a sua gravidade e considerar as várias opções terapêuticas para as resolver
3. Valorizar a resposta à terapêutica instituída.

A monitorização começa no período pré-anestésico quando o paciente é avaliado para determinar a existência de patologias. A magnitude da patologia e a extensão até que ponto podem comprometer a resposta do paciente à anestesia e ao procedimento cirúrgico são estimadas através da classificação ASA (ver anexo I). Esta avaliação pré-operatória define a selecção e dose das drogas a utilizar, o nível de monitorização e o

suporte de determinadas funções vitais do paciente. A monitorização anestésica eficaz deve permitir a detecção precoce de complicações anestésicas antes que atinjam graus severos.

4.2. Monitorização básica

A **monitorização anestésica básica** baseia-se na inspecção, na auscultação e na palpação do paciente. Esta inclui **inspecção da função respiratória (frequência respiratória e padrão respiratório), da cor das membranas mucosas, do tempo de repleção capilar, da auscultação dos sons respiratórios, auscultação dos sons cardíacos e palpação do pulso periférico**. Actualmente com o aparecimento de monitores multifunções aconselha-se a adição destas ajudas mecânicas à monitorização básica por permitir uma informação adicional e mais precisa do *status* anestésico do paciente. No entanto os valores da monitorização instrumental devem ser confirmados pelos meios de monitorização anestésica básica.

O **estetoscópio esofágico (Fig. 21)** é um meio económico e útil na monitorização anestésica. Este instrumento consiste num tubo com uma extremidade romba cm uma série de orifícios ligados um lúmen ligados às peças auriculares de um estetoscópio convencional. O tubo deve ser lubrificado e colocado no interior do esófago ao nível da base do coração. O comprimento do tubo a ser introduzido pode ser medido desde o focinho até ao 4º ou 5º espaço intercostal. Uma vez colocada a posição pode ser ajustada até que os sons sejam respiratórios e cardíacos sejam mais elevados. Este instrumento permite a obtenção de frequências cardíacas e respiratórias sem a necessidade de perturbar o campo operatório levantando os panos de campo. Adicionalmente, o volume e a intensidade dos sons cardíacos e respiratórios podem dar uma informação qualitativa da função cardíaca e respiratória. A informação obtida requer interpretação e melhora com a experiência do anestesista.



Fotografia 21 – Estetoscópios esofágicos de várias dimensões.

4.3. Estádios e planos anestésicos

Para a indução de um estado de anestesia geral tem que estar os seguintes componentes hipnose, analgesia, relaxamento muscular e ausência de respostas reflexas. A presença de cada um destes componentes é variável de acordo com a combinação de drogas anestésicas, espécie e procedimento a executar. Historicamente, as alterações progressivas resultantes da administração de drogas anestésicas foram classificadas em 4 estádios. O reconhecimento dos sinais característicos destes estádios após a administração das drogas anestésicas permite ao anestesta determinar se a depressão do sistema nervoso central foi atingida ou é insuficiente para o procedimento a executar.

Para efeitos descritivos, os níveis de depressão do sistema nervoso central induzidos pelos anestésicos foram classificados em **4 estádios** dependendo dos sinais neuromusculares exibidos pelos pacientes. A divisão entre os 4 estádios anestésicos não é estanque, havendo variação individual. A medicação pré-anestésica, as drogas anestésicas, a oxigenação, a retenção de CO₂ e o estado físico do paciente modificam os sinais neuromusculares.

O **estádio I** é designado por **estádio de movimento voluntário** e é definido como o intervalo de tempo entre a administração do anestésico e a perda de consciência. Animais nervosos/excitados tendem a resistir à perda de consciência e podem debater-se de forma violenta e suspender de forma consciente a respiração por curtos períodos de tempo. Neste estágio a libertação de adrenalina causa taquicardia e midríase. Com o aproximar do estágio II, o animal torna-se progressivamente atáxico, perde os reflexos posturais e assume o decúbito lateral.

O **estádio II**, denomina-se o **estádio de delírio ou movimento involuntário**. Por definição este estágio compreende o período de tempo entre a perda de consciência e o início de um padrão respiratório regular. O paciente anestesiado neste estágio reage a estímulos externos com hiperventilação. Observa-se taquicardia e por vezes arritmias podem ocorrer nesta fase. Neste estágio, algumas espécies como os ruminantes e o gato, a salivação pode ser excessiva. Os reflexos palpebrais e corneanos estão presentes e são intensos. O tônus mandibular está presente e os animais resistem à intubação endotraqueal podendo neste caso produzir-se vômito no cão e gato e regurgitação nos ruminantes.

O **estádio III** é considerado o estágio de anestesia cirúrgica e é caracterizado pela perda de consciência com progressiva depressão dos reflexos. O relaxamento muscular desenvolve-se e a ventilação torna-se regular e lenta. Os reflexos do vômito e deglutição são perdidos. Em anestesiologia humana, este estágio pode ser dividido em planos de 1 a 4 que conferem maior definição deste estágio. Outros autores sugerem uma classificação deste estágio em anestesia cirúrgica superficial, média e profunda.

A anestesia média é caracterizada por progressiva paralisia dos intercostais (transição de respiração toracoabdominal para respiração abdominal) enquanto a anestesia profunda apresenta uma respiração diafragmática ou abdominal.

O **plano médio de anestesia cirúrgica** corresponde ao plano 2 do estágio III define-se por uma frequência respiratória e cardíaca estável, estando ausentes o reflexo de deglutição e laríngeo. O reflexo palpebral está presente embora muito diminuído assim como um forte reflexo corneano. A posição do globo ocular altera-se estando este

rodado ventro-medialmente, a pupila fica em miose ou assume um diâmetro normal. As pálpebras durante este estágio encontram-se encerradas e a terceira pálpebra cobre grande parte da córnea. O relaxamento muscular e a analgesia deste plano são suficientes para a realização da maior parte dos procedimentos cirúrgicos.

O plano profundo de anestesia cirúrgica (plano 3 do estágio III) é caracterizado por uma perda de função dos músculos intercostais e respiração abdominal, regista-se adicionalmente uma perda do reflexo corneano bem como a presença de uma pupila centrada e dilatada.

No **estádio IV**, o sistema nervoso central está extremamente deprimido e a apneia prevalece. A paragem cardíaca surge pouco tempo depois da apneia e pressão arterial desce para valores de shock. O tempo de repleção capilar e está marcadamente diminuído e as pupilas estão dilatadas. Os esfíncter anal e da bexiga relaxam. Este estágio poderá ser reversível se a administração do anestésico volátil for interrompida e a ventilação artificial for iniciada.

Estes estádios serão mais aparentes e definidos na anestesia volátil provavelmente porque é necessário um período de tempo considerável para que se atinjam níveis significativos de concentração anestésica no SNC. Isto permite distinguir os vários sinais neuromusculares que surgem ao longo do tempo de anestesia. Quando se utilizam anestésicos injectáveis (ex: dissociativos), a avaliação dos sinais de depressão anestésica é mais difícil porque os sinais neuromusculares não estão uniformemente presentes.

<i>Anestesia</i> Reflexos	Superficial	Média (cirúrgica)	Profunda
Palpebral	+	-	-
Conjuntival	+	±	-
Corneal	+	+	-

Tabela 2 - Relação entre os planos anestésicos e os diversos reflexos oculares.

5. Monitorização instrumental ou mecânica

As razões que justificam a aquisição de equipamentos de monitorização podem-se resumir-se às seguintes:

- Alguns parâmetros clínicos como por exemplo o end-tidal CO_2 (ETCO_2) só podem medir-se com auxílio de instrumentos.
- Os monitores são mais sensíveis do que os nossos sentidos para valorizar alterações de alguns parâmetros clínicos. A pulsoximetria tem a capacidade de detectar diminuições na saturação de O_2 (SaO_2) antes que se detecte a cianose.
- Em geral quanto mais completa for a informação do paciente mais precisa será a intervenção terapêutica.
- A informação é objectiva e obtém-se de forma rápida.

Em medicina humana, recomendam-se padrões mínimos de monitorização anestésica que são difíceis de atingir em medicina veterinária mesmo em países com um nível financeiro elevado. A associação americana de anesthesiologistas elaborou padrões mínimos para monitorização intra-operatória básica que devem ser respeitados para minimizar a prevalência de acidentes anestésicos.

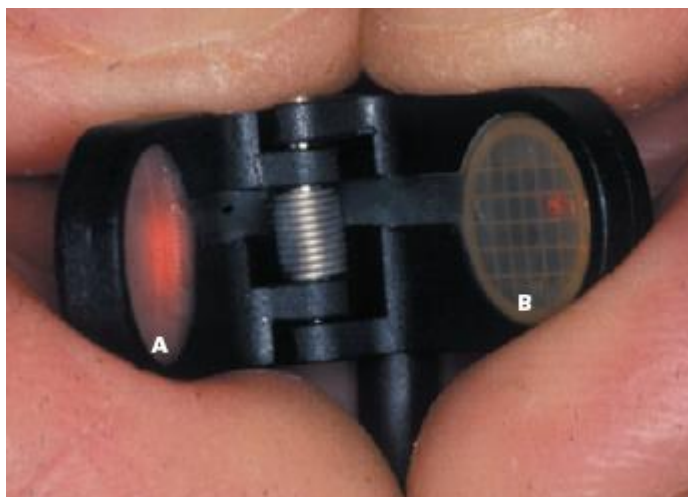
5.1. Monitorização da função respiratória.

A monitorização da função respiratória pode ser feita a vários níveis. Actualmente existem disponíveis no mercado **monitores de apneia** que nos dão leituras da frequência respiratória, estão também disponíveis pulsoxímetros que indicam a % de saturação da hemoglobina (Hb) ou seja a capacidade de oxigenação dos tecidos pela Hb. A capnografia é outra metodologia disponível que nos dá informações sobre a capacidade ventilatória e de hematose alveolar do pulmão através da medição do CO_2 no final da expiração que não é mais do que uma medida indirecta da pressão parcial de CO_2 no sangue arterial.

Os **monitores de apneia** ou **de frequência respiratória**, incluem uma sonda/sensor de temperatura que se adapta à saída do tubo endotraqueal que é sensível

às elevações de temperatura que ocorrem quando o ar é expirado (o ar da expiração apresenta uma temperatura superior ao da inspiração) e emitem por esse mecanismo um som a cada expiração. Estes monitores para além das leituras da frequência respiratória conseguem emitir um alarme de apneia se pré-programados para um determinado período entre expirações. A informação fornecida por estes monitores pode ser facilmente substituída pela observação dos movimentos do balão do circuito anestésico.

Do oxigénio em circulação no sangue, 98% é transportado ligado a Hb e apenas uma pequena parte é dissolvida no plasma. Pela medição da saturação da hemoglobina em O₂ podemos ter o conhecimento da capacidade de oxigenação dos tecidos desse paciente. A hemoglobina saturada e a sua forma insaturada absorvem a luz em diferentes comprimentos de onda e é nesta propriedade que se baseia a monitorização pelo **pulsoxímetro**. Existem 2 tipos de sonda, sondas de transmissão e de reflectância. As sondas de transmissão (fig. 22) são as mais frequentes e consistem num lado por um diódo que emite luz vermelha e infra-vermelha (660 nm e 940 nm de comprimento de onda respectivamente) em várias centenas de flashes por segundo e no outro lado existe um fotoreceptor que determina a quantidade de comprimento de onda que passa pelo tecido (usualmente a língua, a orelha, o espaço interdigital não pigmentado e pregas de pele não pigmentadas). A absorção da luz faz-se não só pelo Hb do sangue arterial (aquele que interessa avaliar) mas também pela Hb do sangue venoso/capilar e até pelo próprio tecido. Os pulsoxímetros tem a capacidade de ignorar a absorção de outras fontes e concentrar-se apenas na Hb do sangue arterial, avaliando apenas a absorção pulsátil (sangue arterial) e ignorando a absorção não pulsátil ou estática (sangue venoso e capilar). Através da comparação da absorção pelos tecidos dos dois comprimentos de onda, o monitor indica a percentagem de saturação da hemoglobina. Como o pulsoxímetro faz as suas leituras no fluxo sanguíneo pulsátil, este monitor indica também a frequência do pulso por minuto.



Fotografia 22 – Sonda de pulsoxímetro

Em geral, considera-se que um paciente anestesiado e respirando uma atmosfera rica em oxigénio deve apresentar valores de pulsoximetria superiores a **95%**. Contudo desde que os valores sejam **superiores a 90%** não existem motivos para a uma preocupação imediata. No entanto se os valores se situarem entre os 90 e 95% num paciente a respirar 100% de O₂, estes podem indicar a presença de patologia respiratória subjacente apesar de na maioria das vezes estes serem indicadores de um problema no posicionamento da sonda. Para evitar problemas na leitura da saturação, a sonda do pulsoxímetro deve ser mudada de local cada 10-15 minutos, para evitar fenómenos de vasoconstricção que causam leituras erradas. O humedecimento da superfície do tecido onde é realizada a leitura é outro factor que melhora a qualidade das leituras por este monitor. A **saturação de Hb inferior a 90% deve ser investigada imediatamente**. No caso dos animais pré-medicados com alfa-2 agonistas (ex: medetomidina) desenvolve-se uma vasoconstricção periférica que pode impossibilitar a leitura pelo pulsoxímetro.

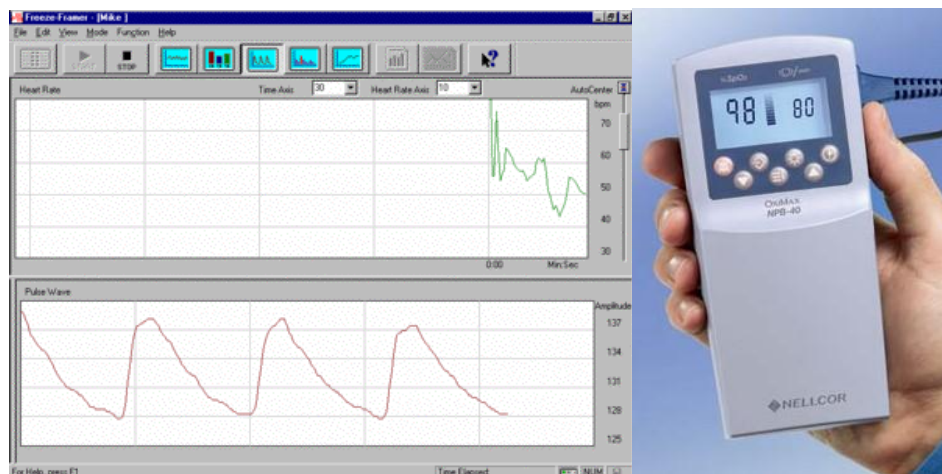
A sonda do pulsioxímetro deve ser colocada num local apropriado para evitar erros na leitura. Um local não pigmentado e sem pele é em geral um sitio adequado. A língua é o local mais apropriado mas o pavilhão auricular, a prega interdigital, a mucosa vulvar e prepucial são alternativas apropriadas desde que não pigmentadas.

As falhas na leitura de um pulsoxímetro podem ser devidas aos seguintes factores:

- Local com pigmento ou pêlo

- Falta de perfusão do tecido (vasoconstrição associada à administração de alfa-2 agonistas ou hipotermia)
- Luz ambiente ultrapassa a intensidade da luz emitida pelos diodos
- Anomalias na hemoglobina (carboxihemoglobinemia ou metahemoglobinemia)
- Tamanho ou forma inadequada das sondas.

Para além da saturação de Hb e frequência de pulso, o pulsioxímetro poderá em alguns modelos mostrar uma curva de pulso, ou seja um gráfico do volume do pulso ao longo do tempo. (fig.23).



Fotografia 23 – Pulsioxímetro portátil e curvas de pulso.

A metodologia de referência para avaliar a adequação da ventilação, consiste na medição da pressão parcial de CO_2 (PaCO_2) no sangue arterial através de gasimetria. Contudo esta técnica é invasiva, tecnicamente exigente e necessita de equipamento dispendioso. Uma técnica não-invasiva e alternativa é a **capnografia**. Em pacientes com pulmões normais, a concentração de CO_2 nos capilares pulmonares estará em equilíbrio com a concentração alveolar no final da expiração. Assim, uma amostra de ar expiratório pode ser obtida e a sua concentração em CO_2 medida. A capnografia permite avaliar com um grau elevado de fiabilidade e de forma indirecta a PaCO_2 no sangue arterial e deste modo avaliar de forma não-invasiva a função ventilatória do paciente. Esta metodologia baseia-se na absorvância da luz infra-vermelha pelas moléculas de CO_2 em gases expiratórios. O capnógrafo é provido de uma sonda, que se coloca entre a

saída do tubo endotraqueal e o analisador de gases. A presença da sonda aumenta o espaço morto anatómico no sistema anestésico, o que poderá ser significativo em pequenos pacientes. No entanto, actualmente existem disponíveis no mercado adaptadores de baixo espaço anatómico morto. Os capnógrafos geram um gráfico da concentração de CO_2 *versus* tempo durante o ciclo respiratório assim como um valor numérico do ETCO_2 (valor em mmHg do CO_2 do final da expiração), o que permite avaliar a adequação da ventilação do paciente anestesiado. Os valores normais de ETCO_2 em cães variam entre 35 e 45 mmHg, em gatos estes valores são ligeiramente mais baixos. Uma leitura superior a 45 mmHg é geralmente indicadora de hipoventilação, enquanto uma medida inferior a 35 mmHg indica hiperventilação.

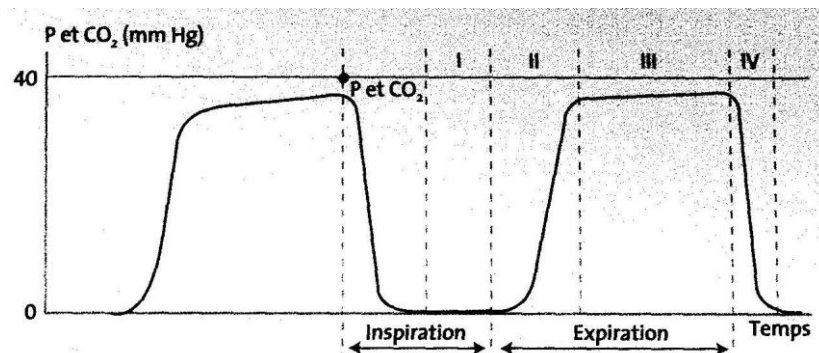


Figura 24 – Capnograma e as várias fases do ciclo respiratório.

O valor de ETCO_2 poderá ser utilizado como uma informação indirecta da profundidade anestésica (em estádios profundos de anestesia o valor de ETCO_2 eleva-se acima de 45 mmHg). Em todos os pacientes, o valor de ETCO_2 reflecte o efeito de 3 processos:

- Metabolismo tecidual (produção de CO_2)
- Perfusão (fluxo sanguíneo transportando CO_2 dos tecidos via coração para os capilares pulmonares)
- Ventilação (transporte de CO_2 do alvéolo aos gases expirados).

Uma alteração no valor de ETCO_2 , sugere uma alteração em um ou mais destes três processos. Apesar de a capnografia monitorizar essencialmente a função pulmonar, indica indirectamente a presença de um débito cardíaco. O valor de ETCO_2 fornece

informação do grau de depressão respiratória presente contudo o traçado, o **capnograma** fornece também informações clínicas de interesse. Alterações do traçado do capnograma indicam certos eventos.

- A falha em retornar à linha base entre expirações, indica re-inspiração de gases expiratórios (fig. 25). O que pode estar associado a saturação da cal sodada, a falha nas válvulas unidireccionais de um sistema fechado, excesso de espaço morto e fluxo de O_2 insuficiente em sistemas abertos.

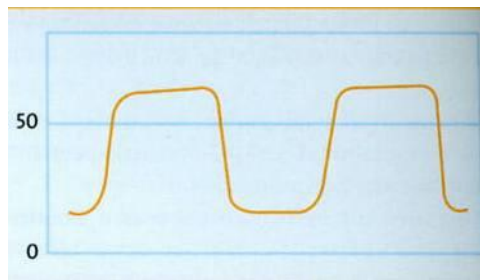


Figura 25 – capnograma de re-inspiração de gases expiratórios.

- A embolia pulmonar manifesta-se pela queda de consecutiva ao longo de várias expirações dos valores (fig. 26) de $ETCO_2$, devido à diminuição da perfusão do pulmão pela artéria pulmonar.

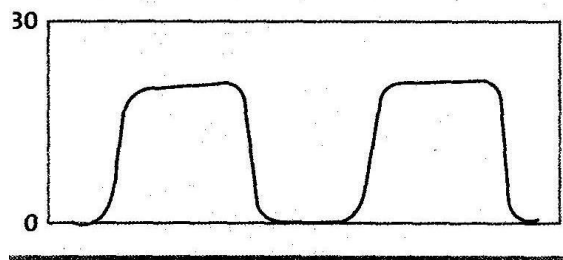


Figura 26 – capnograma de embolia pulmonar.

- Em casos de doença respiratória obstrutiva crónica ou broncoespasmo agudo, o traçado de capnograma (fig. 27) é característico com uma ligeira elevação no final do plateau expiratório.

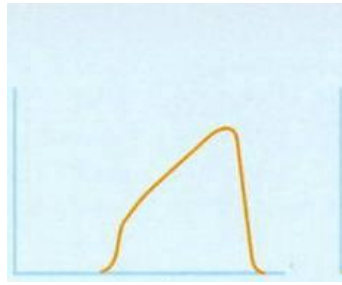


Figura 27 – capnograma de broncoespasmo e doença respiratória obstrutiva crónica.

- Os pacientes em ventilação por pressão positiva intermitente, podem contrariar a ventilação e este evento pode manifestar-se por oscilações sucessivas no plateau tibial, formando um padrão em “bossa de camelo” (fig. 28).

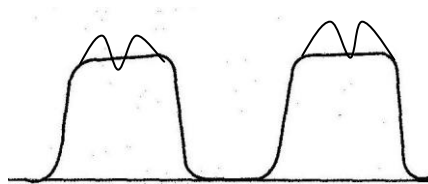


Figura 28 – capnograma de ventilação por pressão positiva intermitente.

- Uma variação normal no capnograma é a oscilação cardiogénica (fig. 29) do plateau alveolar que se manifestam por irregularidades na linha descendente do plateau alveolar. Estas oscilações são observadas em frequências respiratórias baixas e pensa-se que são causadas pelos batimentos cardíacos contra o pulmão numa fase expiratória prolongada que levam a expulsão de pequenas quantidades de CO_2 .

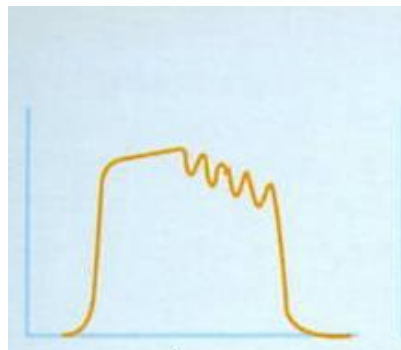


Figura 29 – capnograma de oscilação cardiogénica.



Figura 30 - Monitor multiparâmetro utilizado em anestesia veterinária.

5.2. Monitorização da função cardio-vascular.

A **electrocardiografia (ECG)** é um meio usual de monitorização da função cardiovascular no paciente anestesiado. Os aparelhos de ECG apresentam no entanto limitações uma vez que monitorizam apenas a actividade eléctrica do coração não nos dando informações sobre o output cardíaco. Por exemplo, na condição designada por dissociação electromecânica (DEM) é possível observar uma actividade eléctrica cardíaca próxima do normal estando o coração em assistolia dando-nos assim uma falsa sensação de segurança.

Alterações na frequência e ritmo cardíaco são frequentes durante a anestesia, com uma incidência que varia entre 50 e 80%. Bradicardia, taquicardia e contracções ventriculares prematuras (CVP's) são as alterações mais frequentes. Algumas das alterações do ritmo cardíaco são detectáveis sem o auxílio de equipamentos de monitorização, contudo arritmias como as CVP's são difíceis de avaliar sem recorrer à electrocardiografia. Para os objectivos da monitorização anestésica a colocação de um sistema de três eléctrodos (ambos os membros torácicos e o membro pélvico esquerdo) é o suficiente. Anomalias no ritmo e frequência cardíaca são causados por vários

factores (tabela 3), o seu desenvolvimento durante a anestesia é usualmente devido a um plano inadequado de anestesia/analgesia, a hipóxia ou hipercapnia. Estes factores devem ser equacionados antes de uma intervenção farmacológica.

Causas frequentes de arritmias intra-anestésicas	
Plano inadequado de anestesia/analgésia	
Hipoxemia	
Hipercapnia	
Hipotensão	
Hipotermia	
Hipertermia	
Alterações electrolíticas	
Miocardite traumática	

Tabela 3 – Causas de arritmias anestésicas.

Alterações de electrólitos, com particular atenção para o potássio extracelular poderão ser reveladas pelo ECG (fig. 31); traçados característicos são observados especialmente no caso da hipercalemia. Em humanos, a ECG é utilizada para avaliar a hipoxia do miocárdio durante a anestesia; a elevação ou a depressão do segmento S-T do traçado do ECG é sugestivo da perfusão ou oxigenação inadequada do miocárdio. Por outro lado, as alterações do segmento S-T ocorrem com frequência em animais anestesiados e não são por essa razão um indicador fiável de hipóxia do miocárdio.

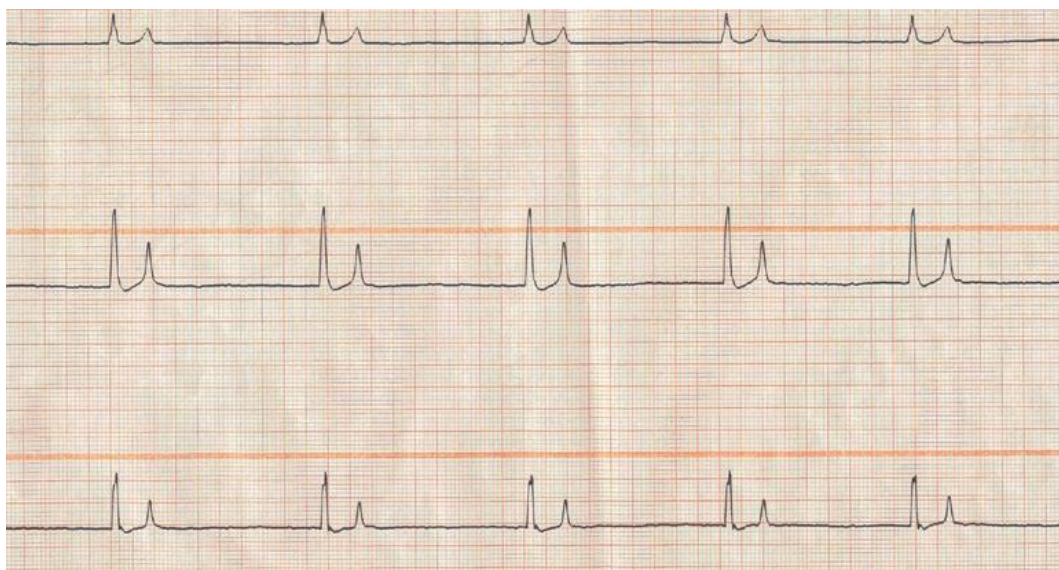


Figura 31 – Traçado de ECG apresentando bradicardia e elevação da onda T por hipercalemia.

A **pressão arterial** é o produto do output cardíaco ou volume de ejeção pela resistência periférica vascular. Consequentemente a pressão arterial deve ser monitorizada durante a anestesia geral como meio indicador do **output cardíaco e da perfusão tecidular**. O tónus vascular, porque influencia a resistência vascular periférica é um factor determinante na pressão arterial. No paciente anestesiado é possível obtermos valores normais ou elevados de pressão arterial com um baixo output cardíaco associada a uma alta resistência vascular. Nestas circunstâncias, o fluxo sanguíneo tecidular pode estar comprometido, apesar de um valor normal da pressão arterial. Apesar da **monitorização da pressão arterial** ser um indicador do output cardíaco e perfusão tecidular não deve ser vista de forma isolada. Existem formas grosseiras de avaliar o tónus vascular e a resistência vascular periférica tais como o tempo de repleção capilar e a cor das mucosas. Actualmente já existem formas de monitorizar directamente o output cardíaco mas são demasiado dispendiosas e invasivas para aplicar na prática clínica diária. Apesar das limitações descritas anteriormente a monitorização da pressão arterial continua a ser o método padrão para avaliar o débito cardíaco e o fluxo sanguíneo tecidular.

$$\text{Pressão arterial} = \text{débito cardíaco (volume sanguíneo ejetado por minuto)} \times \text{resistência vascular total}$$

Equação 1 – equação da pressão arterial

Durante a anestesia geral, a **pressão arterial sistólica** deve ser mantida acima de **80-90 mmHg** e a **pressão arterial média** acima de **60-70 mmHg** de modo a assegurar a uma perfusão tecidular suficiente para o encéfalo e coração. **Pressões diastólicas** com valores abaixo de **40 mmHg** estão associadas a uma perfusão arterial coronária inadequada em humanos. Nos nossos animais domésticos não existem estudos que indiquem um valor correcto, mas o valor recomendado para humanos pode ser adoptado como aceitável. A hipotensão intra-operatória impede uma perfusão tecidular adequada e aumenta a morbilidade peri-operatória. **A medição da pressão arterial pode ser feita de forma directa (invasiva) ou indirecta (não-invasiva).**

A **Monitorização directa** dá-nos uma leitura de pressão arterial continuada e mais exacta quando comparada com a medição indirecta. A medição directa realiza-se

canulando uma artéria periférica (ex: artéria dorsal do pé) e conectando a canula a um transdutor que converte o sinal de pressão em sinal eléctrico por um monitor que por sua vez mostra um traçado de pressão assim como valores de pressão arterial sistólica, diastólica e média. Alternativamente a cânula pode ser conectada a um manómetro aneroide (fig. 32) que nos dá valores de pressão arterial média. Quer o transdutor quer o manómetro aneroide devem estar ao nível do coração quando se executar a medições. Para prevenir a formação de hematomas após retirarmos a canula devemos exercer pressão sobre o local durante 5 minutos.

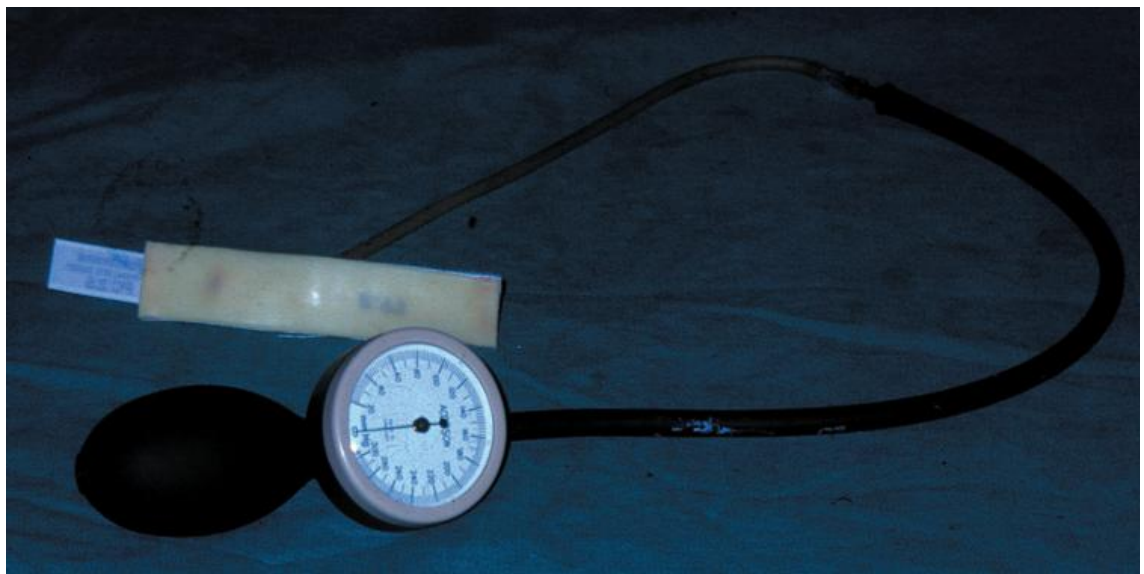


Figura 32 - manómetro aneroide

A monitorização indirecta da pressão arterial é tecnicamente menos exigente do que a directa e apresenta menor morbilidade porque não é necessária a canulação arterial. Contudo esta metodologia é menos fiável do que a directa e não dá leituras contínuas. Adicionalmente, a presença de arritmias poderá dar valores duvidosos em alguns monitores. Existem 2 metodologias indirectas para monitorização da pressão arterial: o **fluxo ultrasónico de doppler** e a **oscilometria**.

O fluxo ultrasónico de doppler, envolve o posicionamento de uma pequena sonda, que emite um feixe de ultrassons sobre uma artéria periférica (cauda ou extremidade do membros são os locais mais utilizados). Entre a sonda e a pele deve ser colocada gel de ecografia. O fluxo de sangue que corre na artéria sobre a qual se situa a sonda é traduzido por um ruído. Um *cuff* insuflável ligado a um manómetro aneroide, colocado proximalmente à sonda é insuflado até que se oclua a artéria e o ruído

desapareça. Se o *cuff* for desinsuflado lentamente o ruído reaparecerá à pressão arterial sistólica cujo valor pode ser lido no manómetro. Nos cães tem-se observado uma boa correlação entre esta metodologia e a leitura directa. Enquanto nos gatos por se observar uma sub-leitura da verdadeira pressão arterial sistólica tem sido sugerido adicionar 14 mmHg à leitura observada. Alguns autores no entanto estabeleceram uma correlação maior para os gatos entre a leitura directa da pressão arterial média e a pressão sistólica obtida por leitura *doppler*. Em relação à pressão diastólica, os monitores *doppler* registam leituras vagas e inconsistentes em todas as espécies. A sonda *doppler* pode também monitorizar o pulso através do sinal sonoro de fluxo sanguíneo.



Figura 33 – monitor *doppler* com respectiva sonda.

A **oscilometria**, é outro método indirecto de leitura da pressão arterial. Este método consiste na insuflação automática de um *cuff* sobre uma artéria periférica até a ocluir completamente libertando depois a pressão lentamente. À medida que a pressão do *cuff* é libertada, o monitor detecta oscilações na artéria quando o fluxo sanguíneo surge novamente. Os monitores oscilométricos (fig. 35) ao contrário dos monitores *doppler* dão-nos leituras da pressão arterial sistólica, arterial média e diastólica. Estes monitores permitem uma leitura cíclica a intervalos tempo regulares programáveis. Das leituras registadas por oscilometria a pressão arterial média é a mais fiável seguindo-se por ordem decrescente a pressão sistólica e diastólica. Os *cuffs* são colocados sobre a artéria dorsal do pé na região metatarsiana, também sobre a artéria radial imediatamente

proximal ao carpo ou em alternativa sobre a artéria coccígea na superfície ventral da cauda.

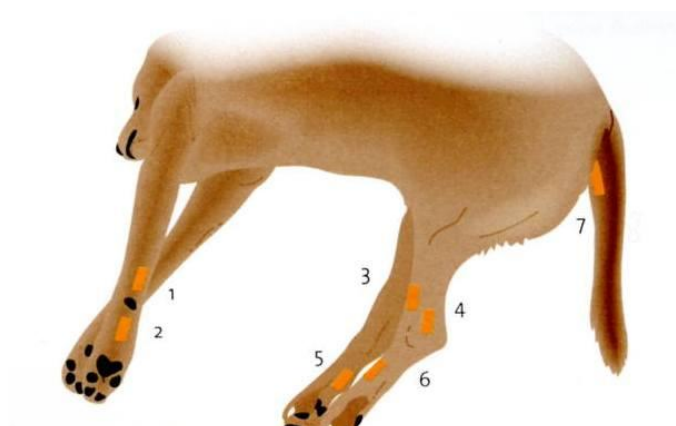


Figura 34 – Locais de aplicação da sonda *doppler* e do *cuff* do monitor oscilométrico. (1 e 2 – artéria ulnar, 3 – artéria tibial cranial, 4 e 5 – artéria safena, 6 – artéria dorsal do pé, 7 – artéria coccígea)



Figura 35 – monitor oscilométrico.



Figura 36 – aplicação do cuff na artéria dorsal do pé.

A **produção de urina** depende de uma perfusão renal adequada. Como a perfusão renal diminui e subsequentemente cessa quando a pressão arterial média desce abaixo de 60 mmHg, a produção de urina poderá ser um indicador indirecto da adequação da pressão arterial. Os valores normais da produção de urina situam-se entre 1 e 2 ml/Kg/hora, com o valor de 0,5 ml/Kg/hora sugerindo oligúria. A monitorização da produção de urina está recomendada em pacientes com doença renal ou condições que predispõem para insuficiência renal aguda (ex: septicémia, politraumatizados), assegurando-se desta forma uma terapêutica precoce senão atingirem os valores normais de produção urinária. Recomenda-se o esvaziamento da bexiga antes do início da monitorização e a utilização de uma técnica asséptica na cateterização da bexiga.

A **pressão venosa central (PVC)** é um indicador útil do volume circulante e da capacidade do lado direito do coração para bombear o sangue venoso de retorno. A insuficiência cardíaca direita e o excesso de volume circulante causam um aumento da PVC enquanto uma diminuição do volume plasmático circulante causa uma redução da PVC. Adicionalmente, a monitorização da PVC auxilia na adequação da fluidoterapia. A monitorização da PVC exige a canulação da veia jugular externa, devendo a extremidade da cânula é colocada à entrada da veia cava cranial. O cateter é depois ligado a um tubo extensor que se liga por sua vez a uma torneira de 3 vias. A torneira de 3 vias é também ligada a uma garrafa de soro e a um tubo aberto que servirá de

manómetro do sistema. Uma régua com escala dos centímetros é colocada ao lado do tubo manómetro, com o ponto zero da escala situado ao nível do átrio direito (manúbrio esternal em decúbito lateral direito e extremidade do ombro em decúbito dorsal). Os fluidos endovenosos preencherão o tubo manómetro e o tubo extensor ligado à jugular que serão colocados em equilíbrio através da torneira de 3 vias. Da altura da coluna de fluídos no tubo manómetro vai-se obter a leitura da PVC. Outra forma de leitura consiste na ligação da canula jugular a um transdutor de pressão que converte esse sinal num sinal eléctrico que é mostrado num monitor. Os valores normais de PVC, variam entre 0 e 10 cmH₂O, sendo os valores mais frequentes situados entre 3 e 7 cmH₂O. Nos animais hipovolémicos, o valor da PVC inferior a 0 cmH₂O. A monitorização da PVC é particularmente importante em animais que recebem fluidoterapia agressiva e que apresentam doença renal ou cardíaca por estes apresentarem intolerância à sobrecarga de volume. Devemos ter atenção à sobrecarga de volume quando a PVC aumenta mais de 6 cmH₂O do nível basal e/ou ultrapassar os 10 cmH₂O.

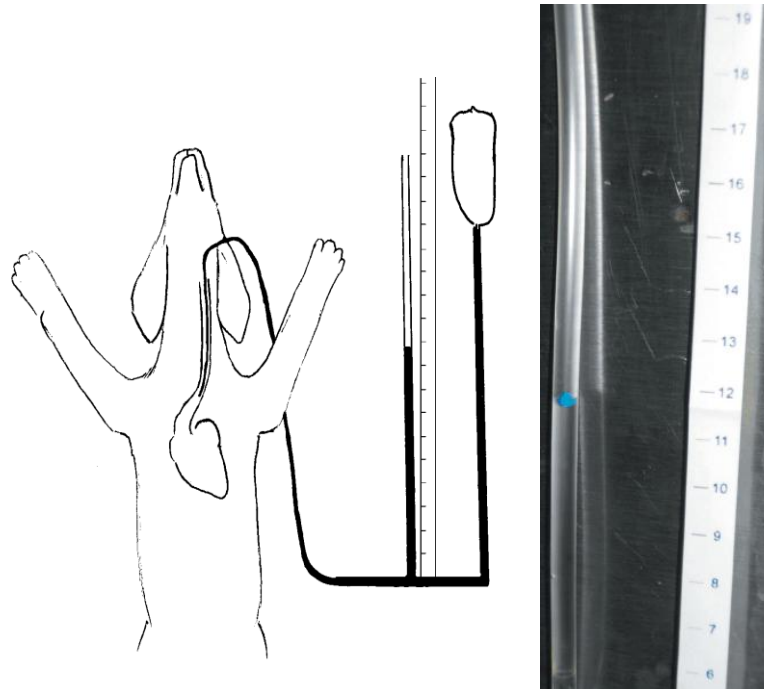


Figura 37 – medição de pressão venosa central.

5.3. Monitorização da temperatura

A monitorização da temperatura do paciente anestesiado é aconselhada em todos os animais com especial atenção nos pacientes pediátricos, nos animais com baixo ratio volume/superfície corporal e em procedimentos cirúrgicos prolongados (duração superior a 1 hora). A hipotermia é a complicação anestésica mais prevalente nos nossos pacientes para além de ser indutora de outras complicações como as arritmias cardíacas e o aumento do tempo de recuperação anestésica, daí que a sua monitorização é obrigatória no período intra e peri-anestésico. A utilização de termómetros rectais (digitais ou de mercúrio) é indicada em pacientes despertos, no entanto no paciente anestesiado a ampola rectal tende a dilatar reduzindo a validade dos resultados obtidos por esta via. Aconselha-se em pacientes anestesiados, a colocação de sondas esofágicas (fig. 38) que contem um termistor que faz as leituras mais próximas da temperatura corporal interna.



Figura 38 – sonda esofágica para medição de temperatura corporal.

6. Bibliografia.

Lumb and Jones Veterinary Anaesthesia (1996), Thurmon JC, Tranquili WJ, Benson GJ (Eds.). 3rd ed. Williams and Wilkins. Baltimore, Maryland, USA.

Cluton E. (1995). The right anaesthetic system for you? *In practice* **5**, 232-237.

Cluton E. (1995). The right anaesthetic machine for you? *In practice* **5**, 232-237.

Flaherty D. & Musk G. (2005). Anaesthetic monitoring equipment for small animals. *In practice* **27**, 512-521.

Anesthésie du chien et du chat (2007). *Le Point Veterinaire*. **38**, 3-139.

7. Anexos

Risco anestésico (ASA)	Descrição	Exemplos
I	Animal em que se vai realizar uma técnica cirúrgica que não seja necessária para o seu bem estar.	<ul style="list-style-type: none"> • Ovariohisterectomia numa cadela jovem
II	Animal com uma afecção sistémica leve que não limita a funcionalidade de qualquer sistema orgânico e que vai ser submetido a uma cirurgia de rotina que não acrescenta riscos à cirurgia	<ul style="list-style-type: none"> • Fracturas sem estado de choque. • Animais com patologias cardíacas compensadas. • Animais com infecções localizadas
III	<i>Animal com afecção sistémica moderada, com limitações funcionais definitivas ou que vai ser submetido a uma cirurgia de procedimento difícil ou não familiar. Incluem-se neste grupo os animais geriátricos, mesmo que o seu “estado de saúde” seja bom.</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Febre • Anemia • Desidratação • Caquexia • Hipovolemia moderada
IV	<i>Animal com uma afecção grave que põe em risco a sua vida e afecta a segurança e realização da técnica anestésica ou que vai ser submetido a um procedimento cirúrgico extremamente difícil.</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Uremia, toxemia • Desidratação grave • Afecção cardíaca não compensada • Dilatação-torsão gástrica • Cirurgia torácica
V	Animal moribundo que não se espera que sobreviva com ou sem cirurgia	<ul style="list-style-type: none"> • Trauma grave • Estado de choque
E	Em casos em que se realize uma anestesia de urgência, adiciona-se esta subclasse a qualquer uma das classes anteriores	